Aus dem Institut für Hygiene und Mikrobiologie der
Universität Würzburg

Vorstand: Professor Dr. C. S o n n e n s c h e i n

Vergleichende Eignungsprüfung verschiedener bakteriologischer Nährböden, einerseits mit Fleisch- bzw. Hefeextrakt und Pepton-Zusätzen, andererseits mit Dresel'scher Stammlösung

I n a u g u r a l - D i s s e r t a t i o n

verfaßt und der

Hohen Medizinischen Fakultät

der

Julius - Maximilians - Universität Würzburg

zur

Erlangung der zahnmedizinischen Doktorwürde

vorgelegt von

Rosemarie Gabel

aus Eubigheim

Würzburg 1955

Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41549822_0191

Aus dem Institut für Hygiene und Mikrobiologie der
Universität Würzburg

Vorstand: Professor Dr. C. S o n n e n s c h e i n

Vergleichende Eignungsprüfung verschiedener bakteriologischer Nährböden, einerseits mit Fleisch- bzw. Hefeextrakt und Pepton-Zusätzen, andererseits mit Dresel'scher Stammlösung

I n a u g u r a l - D i s s e r t a t i o n

verfaßt und der

Hohen Medizinischen Fakultät

der

Julius - Maximilians - Universität Würzburg

zur

Erlangung der zahnmedizinischen Doktorwürde

vorgelegt von

Rosemarie Gabel

aus Eubigheim

Würzburg 1955

Tag der mündl. Prüfung:

18. April 1955

Referent: Professor Dr. med. C. S o n n e n s c h e i n

R. UNIV. BIBLIOTHEEK LEIDEN

Gedruckt mit Genehmigung der Medizinischen Fakultät der Universität Würzburg

IN DANKBARKEIT

meinen lieben Eltern

Inhaltsverzeichnis

	Seite
I. EINLEITUNG	1
II. TECHNIK	5
III. EIGENE VERSUCHE	
Vergleich der Wachstumsstärke verschiedener Bakterien auf Blutagar	10
Vergleich der Wachstumsstärke verschiedener Bakterien aus der TPE-Coli-Gruppe	13
Mischplatten	20
Vergleich der Wachstumsstärke verschiedener Diphth.-Bakt.-Stämme	21
Wachstumsvergleich verschiedener Brucella-Stämme	25
Empfindlichkeitsprüfung gegen antibiot. und chemotherap. Substanzen	25
Wachstumsvergleich im "hohen Stich"	26
Vergleich der Farbstoffbildung von Bact.pyo.	27
Vergleich des Schwärmvermögens von Bact.proteus	28
Keimzahlbestimmungen	29
Vergleich der Aeskulinspaltung	30
Untersuchung der Milchzucker- und Traubenzucker-vergärung	31
Verhalten verschiedener Bakterien auf Eisen-agar nach K l i g l e r	32
IV. ZUSAMMENFASSUNG	34
V. ANHANG	36
Tabellen	

I. Einleitung

Schon frühzeitig waren Forscher bestrebt, zur Bakterienzüchtung geeignete Nährböden zu finden. Wenn auch die Entwicklung exakter Beobachtungsmethoden, wie die Einführung des Mikroskops durch Leeuwenhoek zeigt, als großer Fortschritt in der Bakterienforschung zu verzeichnen war, so wurde die moderne bakteriologische Untersuchung und Diagnostik doch erst durch Einführung künstlicher oder natürlicher Nährböden ermöglicht.

1863 stellte J o d i n fest, daß wässrige Lösungen von Zucker, Glycerin und Ammoniak oder Alkalisalze verschiedener organischer Säuren für Schimmelpilze als Nährmedien geeignet sind. B r e f e l d (1874) gibt als künstliche Kulturflüssigkeit 10 %ige Traubenzuckerlösung mit Zusatz von ¼ - ½ % salpetersaurem Ammoniak und ebensoviel Zigarrenasche an.

Auch Ferdinand C o h n , dem wir zahlreiche, noch heute als richtig anerkannte morphologische und biologische Untersuchungen über Bakterien verdanken, versuchte eine möglichst vielseitig verwendbare künstliche Nährlösung zu finden. Sie besteht aus 0,5 g phosphorsaurem Kali, 0,5 g schwefels. Magnesia, 0,05 g dreibasisch phosphors. Kalk auf 100 g Wasser, zu dem Ganzen 1 g weins. Ammoniak.

Gleichzeitig gibt P a s t e u r , dem die erste Reinkultur eines pathogenen Erregers (Milzbrandbacillus) außerhalb des Organismus in Blut gelang, eine künstliche Nährlösung an: 1 Teil weinsaures Ammonium, 10 Teile Candiszucker und Asche von einem Teil Hefe auf 100 Teile Wasser.

Bald aber sah man ein, daß es besser sei, die Bakterien unter Bedingungen zu züchten, die ihrem natürlichen Vorkommen soweit als möglich entsprachen. So stellte man für die rein saprophytischen Arten, die hauptsächlich auf pflanzlichen Stoffen leben, Aufgüsse von Weizen, Erbsenstroh, Kartoffeln und Abkochungen von Früchten, wie getrockneten Pflaumen und Rosinen, her. Die in tierischen Exkrementen beobachteten Mikroorganismen sollten auf Auszügen von Mist am besten gedeihen, denjenigen aber, welche im lebenden Organismus vorkommen, suchte man einen Nährboden zur Verfügung zu stellen, der annähernd der Zusammensetzung der Körpersäfte ent-

sprach. Als das einfachste Mittel für diesen Zweck erwies sich eine Abkochung von Fleisch, die man durch Zusatz von Soda schwach alkalisch machte. Außer diesen flüssigen Nährsubstraten wurden noch Scheiben von ungesäuertem Brot, Reisbrei, Birnen- und Pflaumenmus verwendet.

Die flüssigen Nährmedien boten den Bakterien zwar günstige Wachstumsbedingungen, aber einerseits findet ein Wachstum aller Bakterienarten nebeneinander statt, andererseits überwuchern jene Bakterien, welche für sich besonders günstige Wachstumsbedingungen vorfinden, die anderen. Wenn es auch L i s t e r (1887), B r e f e l d , K l e b s und P a s t e u r durch fraktionierte Kultur gelang, Reinkulturen zu erzielen, so eignet sich dieses Verfahren, abgesehen von der Schwierigkeit, durch immer weitergehende Verdünnung schließlich einen einzigen Keim im Kulturgefäß zu erhalten und weiter zu züchten, für die Gewinnung von Reinkulturen deshalb nicht, weil praktisch nur eine Reinzüchtung derjenigen Bakterienart möglich ist, welche im Ausgangsmaterial zufällig am zahlreichsten vertreten war.

Auf Grund einer zufälligen Beobachtung erkannte man, daß die Reinzüchtung auf festen Nährböden wesentlich einfacher ist. Man bemerkte, daß gekochte Kartoffelscheiben, die eine Zeit lang offen an der Luft lagen, nach Verlauf weniger Tage auf der Oberfläche eine Reihe weißer und farbiger Pünktchen und Tröpfchen zeigten, die ziemlich rasch an Umfang zunahmen und schließlich die ganze Kartoffelscheibe überwucherten. Die mikroskopische Untersuchung ergab, daß in einem solchen Pünktchen stets nur Bakterien der gleichen Art enthalten waren. So führte ein Zufallsbefund zu der einzigen Möglichkeit der Reinkultur, dem festen Nährboden. In der Folge gaben E s m a r c h , G l o b i g , B o l t o n und R o u x Verfahren zur Bereitung von Kartoffelnährböden an. Von anderen Autoren wurden Rüben und gekochtes Eiweiß vorgeschlagen.

Die großen Nachteile des Kartoffelnährbodens sind einmal der Mangel an Durchsichtigkeit und zum anderen die Tatsache, daß eine große Zahl von Mikroorganismen keine geeigneten Wachstumsbedingungen vorfindet. Deshalb erlebte die kulturelle Bakteriendiagnostik ihre Geburtsstunde erst mit Einführung der durchsichtigen und erstarrenden

Nährböden. Die Idee eines erstarrenden Zusatzes findet sich zuerst bei Tierarzt F u c h s (1840), der Pseudomonas syncyana in Altheewurzelschleim zur Vermehrung brachte. V i t t a t i n i (1850) züchtete Pilze auf Gelatine, die von P a p i n mit einem 1681 von ihm erfundenen Drucktopf aus Knochen und Knorpeln hergestellt wurde. Die von K l e b s (1873) angegebene Methode zur Bakterienzüchtung auf Hausenblase (Fischleim) brachte gegenüber der Verwendung der Gelatine keinen Fortschritt. - Die wesentlichen Vorzüge der Nährgelatine, die nur in der Gußplattentechnik Verwendung fand, bestehen in der Fixation der verschiedenartigen Keime im Nährmedium und der so einwandfrei möglichen Isolierung. Damit war die seither mit Hilfe der Kultur in flüssigen Nährsubstanzen vergeblich gesuchte Methode eines exakten Reinkulturverfahrens für Mikroorganismen gefunden. Das Verdienst, diese neue Methode ausgebaut und der Allgemeinheit zugänglich gemacht zu haben, gebührt Robert K o c h . Seine Gelatineplattenherstellung war anfangs noch ziemlich umständlich. Er goß die verflüssigte Gelatine auf einfache Glasplatten aus, die dann mit einer Glasglocke überdeckt wurden. Ein großer Nachteil dieser neuen Methode war ferner, daß eine Erwärmung der Gelatineplatten auf Bruttemperatur nicht möglich war, da die Gelatine einen sehr niedrigen Schmelzpunkt hat. K o c h verwendete deshalb für höhere Temperaturen zuerst einen Nährboden aus erstarrtem Blutserum. Mit Hilfe dieser Serumkultur gelang L ö f f l e r (1884) die erste Reinzüchtung des Diphtherieerregers.

Nach den Untersuchungen von K o c h und L ö f f l e r war eine Nährlösung, welche aus Fleischwasser mit Pepton- und Kochsalzzusatz besteht, und die durch Natrium-Phosphat bzw. Karbonat schwach alkalisch gemacht wurde, besonders geeignet zur Züchtung pathogener Mikroorganismen. Diese Pepton-Kochsalzbouillon bildet die Basis der wichtigsten Nährböden bis in die heutige Zeit.

Einen neuen Aufschwung der Bakterienzüchtung brachte die Einführung des Agar-Agar, einer Pflanzengallerte, welche aus verschiedenen Rotalgen an der japanischen und kalifornischen Küste gewonnen wird. Die Einführung in die Bakteriologie erfolgte auf Anraten von Angelina H e s s e , die 1880 ihrem Mann Walter H e s s e , der bei Robert Koch Keimgehaltsbestimmungen der Luft machte, ein Agarrezept für Fruchtgelees übergab. K o c h gab 1882 die Brauchbar-

keit von Agar-Agar zur Nährbodenherstellung bekannt.

Der Agarnährboden bot sehr viele Vorteile: genügende Durchsichtigkeit und Farblosigkeit, Erstarrungsfähigkeit und Schmelzbarkeit, und als wichtigste Eigenschaft die Bebrütungsmöglichkeit bei und über 37° C. Aus diesem Grunde hat das Agarsubstrat im Gegensatz zu den Koch'schen Gelatine- und Serumnährböden allgemeine Verwendung gefunden; ganz besonders aber seitdem an Stelle der umständlichen Koch'schen Glasplatten v. E s m a r c h 1886 die Rollröhrchen und P e t r i die Kulturschalen einführten.

Zahlreiche Autoren gaben in der Folge immer neue Kulturmethoden an, wie z. B. zur Differenzierung pathogener Darmkeime. Im Anschluß an die von C h a n t e m e s s e und W i d a l (1882) festgestellte Tatsache, daß der Milchzucker von Bact. coli, nicht dagegen von Bact. typhi vergoren wird, entwickelte W ü r t z (1887) einen Lakmus-Laktoseagar, den er allerdings nur zur Unterscheidung sicherer Reinkulturen des Bact. typhi von denen des Bact. coli benutzte. Eine wesentliche Verbesserung erfuhr diese neuartige Reinzüchtungsmethode durch v. D r i g a l s k i und K o n r a d i (1902), die diesem Lakmus-Laktoseagar Nutrose und Kristallviolett zur Colihemmung und Typhusförderung zusetzten, und an Stelle der Gußplattenmethode die Oberflächenkultur wählten.

In der Folgezeit wurden zahlreiche Methoden zur Herstellung solcher Differenzierungsnährböden ausgebaut. Die häufigsten Zusätze sind Blut, Ascites, Serum, Zucker, Glycerin, Fuchsin, Malachitgrün, Optochin, Tellur u.a. Auch war man immer bestrebt, Zusätze und Zusammensetzung der Nährböden zu verbessern, die Herstellungsmethoden zu vereinfachen und damit zu verbilligen. Einen wesentlichen Fortschritt bedeutete in dieser Hinsicht die Einführung des Fleischextraktes an Stelle der umständlichen Herstellung von Fleischwasser.

Weiterhin wurden viele Ersatzpräparate angegeben und untersucht, um in Notzeiten den Mangel an wichtigen Nährstoffen, wie Fleisch, Pepton u. ä. zu beheben.

Über diese Versuche des teilweisen oder völligen Ersatzes von Pepton bzw. Fleischwasser und Pepton ist mehrfach in der Literatur berichtet worden.

So wurden in vielen Fällen Hefepräparate verwendet. Nach Angabe von R e i t e r konnte eine Hefe-Trockenpräparat von Merk, Darmstadt, auch ohne Peptonzusatz Verwendung finden. L i c h t e n s t e i n (1923) und B r a n d l stellten Versuche mit dem Hefeextrakt "Cenovis" an, wobei sich zeigte, daß ein Peptonzusatz die Nährböden doch wesentlich verbesserte. Mit einem als Ersatz für Pepton vorgeschlagenen Präparat "Kalodal" konnte H o e r n i g (1925) günstige Versuchsergebnisse erzielen. "Kalodal" ist ein Eiweißabbauprodukt und entspricht als 3 %iger Zusatz 1 % Pepton.

Im Rahmen dieser Arbeit wurde eine Stammlösung zur Herstellung fester und flüssiger Bakteriennährböden geprüft, die von dem Bakteriologisch-serologischen Untersuchungsinstitut Bremen hergestellt wird (E.G.Dresel, Bremen, Am Dobben 105). Über die Verwendbarkeit schreibt der Hersteller: "Sie ersetzt ein gutes Fleischwasser mit Zusatz von Pepton. Mit Agar-Agar gibt es Nährböden, auf denen z. B. Bang- und Diphtheriebazillen gut wachsen."

Es sollte festgestellt werden, ob und in welchem Ausmaße sich die Stammlösung zur Herstellung von Bakteriennährböden für das diagnostische Laboratorium eines bakteriologischen Instituts eignet.

II. T e c h n i k

In Parallelreihen wurden verschiedene Bakterienarten und -stämme - von 24 std. Schrägagarkulturen ausgehend - auf feste und flüssige Nährmedien verimpft, wobei einmal zur Bereitung von Bouillon bzw. Agar Fleischextrakt (Prairie, G. Fles Hamburg), Hefeextrakt (Bacteriocym, chem. Fabr. München) und Pepton (Zyma, chem. Fabr. München) nach nachfolgendem Rezept = Vorschrift 1 verwendet, zum anderen Fleischextrakt, Hefeextrakt und Pepton durch die Stammlösung von D r e s e l = Vorschrift 2 ersetzt wurden.

Die verwendeten Petrischalen mit einem Durchmesser von 8,7 cm wurden mit 15 ccm Nährsubstanz beschickt und für jede Versuchsreihe frisch hergestellt, sodaß jeweils gleichalte Nährbodenschargen verglichen werden konnten. Es wurden stets etwa gleiche Mengen Kultur-

material mit der Öse abgenommen und in Form von Sektoren verimpft.

Sämtliche Platten wurden vor dem Beimpfen 20 Minuten im Brutschrank bei 37° C getrocknet. Die Ablesung erfolgte nach 24 bzw. 48 Std. Bebrütungszeit bei 37° C.

Bei der Ablesung wurde unterschieden:

++++ = sehr üppiges Wachstum
+++ = gutes Wachstum
++ = mäßiges Wachstum
+ = spärliches Wachstum
( ) = gibt Zwischenstufen an

Folgende Bakterien wurden verwandt:

Bact.influencae
Pneumokokken
Bact.pneum.Friedländer
haemol.Streptokokken
vergrünende Streptokokken
Staph.pyog.albus
Staph.pyog.aureus
Mikrokokken
Enterokokken
Bact.coli
Bact.prodigiosum
Sarcina tetragena
Heubacillus
Bac.pseudotuberculosis rodentium
Bac.Anthracis
Bact.pyocyaneum
Bact.proteus
Bact.typhi
Bact.paratyphi B
Bact.enteritis Breslau
Bact.enteritis Gärtner
Bact.dysenterica Flexner
Bact.paradysent.Kruse-Sonne (E)
Bact.dysenterica Shiga-Kruse
Corynebact.diphtheriae
Bact.abortus Bang

Bei sämtlichen Bakterien wurden, da das Wachstum auch innerhalb der gleichen Art verschieden ist, mehrere Stämme geprüft und in den Tabellen jeweils mit 1, 2, 3 usw. bezeichnet.

Bei den vergleichenden Untersuchungen wurden folgende Nährböden verwandt:

a) feste: Nähragar
Nähragar mit Zusatz von 5 % defibriniertem Rinderblut
Nähragar mit Zusatz von 5 % Glycerin
Blut-Cystin-Telluragar
Kochblutagar nach L e v i n t h a l
Milchzucker-Sulfitagar nach E n d o

Metachromgelbagar nach G a s s n e r
Bismutsulfitagar nach W i l s o n u. B l a i r
Desoxycholatcitrat-Laktose-Saccharoseagar nach L e i f - s o n
Eisenagar nach K l i g l e r

b) flüssige: Nährbouillon
Aeskulinbouillon
1 %ige Milchzuckerbouillon
1 %ige Traubenzuckerbouillon

Herstellung der Nährbouillon nach Vorschrift 1:

1 l Leitungswasser 10 g Pepton
10 g Fleischextrakt 5 g NaCl
NaOH zur pH-Einstellung (7,4)

Herstellung von Nähragar nach Vorschrift 1:

1 l Leitungswasser
12,5 g Hefeextrakt (Bacteriozym, chem.Fabr.München)
5 g Fleischextrakt (Prairie, Fles Hamburg)
5 g Pepton (Zyma, chem. Fabr. München)
2,5 g NaCl
25 g Agar-Agar
NaOH zur pH-Einstellung (7,4).

Herstellung von Nähragar bzw. Nährbouillon nach Vorschrift 2:

Die Angabe des Herstellers lautet:

"Eine 5 %ige Lösung in aqua dest. der Stammbrühe wird mit 0,3 % Kochsalz und o,2 % Natriumhydrogenphosphat versetzt, auf die gewünschte pH-Zahl eingestellt und dann an 2 aufeinanderfolgenden Tagen je 20 Minuten im Koch'schen Dampftopf erhitzt. Sie ersetzt ein gutes Fleischwasser mit Zusatz von Pepton. "

Da nach D r e s e l die hergestellte Bouillon zweimal 20 Minuten abgedampft werden soll, der Agar jedoch 1 Stunde sterilisiert werden muß, wurde bei der Herstellung des Nähragars Agar-Agar nicht, wie gewöhnlich, sofort zugegeben, sondern sowohl Agar als auch Bouillon getrennt hergestellt. Um jedoch nach Mischung gleicher Teile die vorgeschriebene Konzentration zu erreichen,

wurden Agar und Bouillon doppelt konzentriert angesetzt.

Nährbouillon nach Vorschrift 2:

50 ccm Stammlösung
3 g NaCl
2 g sekundäres Natriumphosphat*)
mit aqua dest. auf 500 ccm aufzufüllen.

Nähragar nach Vorschrift 2:

500 ccm Aqua dest.
50 g Agar-Agar
NaOH zur pH-Einstellung (7.4).

Herstellung der Blutagarplatten:

1 l Nähragar (lt.Vorschrift 1 bzw. 2) wird verflüssigt, auf 45° C abgekühlt und 50 ccm defibriniertes Rinderblut zugegeben.

Die frisch gegossenen Platten n. Vorschr. 2 zeigten einen helleren, roten Farbton als die Vergleichsplatten, wurden jedoch nach Bebrütung dunkelbraun.

Herstellung von Blut-Cystin-Telluragar:

Zu 1 l verflüssigten Nähragar (lt.Vorschr.1/2) von 45° C werden 100 ccm Blut, 1 ccm 1 %ige Cystinlösung und 40 ccm 1 %ige Kaliumtelluritlösung zugefügt. Cystin- und Kaliumtelluritlösung vorher abdampfen.

Herstellung von Kochblutagar nach L e v i n t h a l :

Der 2½ %ige Nähragar (lt. Vorschrift 1 bzw. 2) wurde mit der betreffenden Bouillon auf 1½ % verdünnt.

In 1l kochendheißen Nähragar wurden 50 ccm defibriniertes Rinderblut gegeben: Schokoladeblutagarplatten.

Sollte nun Nähragar nach Levinthal hergestellt werden, so wurde das Ganze innerhalb 5 Minuten einmal aufkochen lassen und durch Watte filtriert.

---

*) Da der pH-Wert der Stammlösung unter 7 liegt, wurde das basische sekundäre Na-Phosphat verwendet.

Herstellung des Milchzucker-Sulfitagars nach E n d o :

10 g Laktose und 10 g Na_2SO_3 werden getrennt in aqua dest. gelöst und 20 Minuten abgedampft. Zu 1 l verflüssigten Nähragar (lt. Vorschrift 1 bzw. 2) wird die Laktoselösung und 40 ccm Fuchsinlösung zugegeben. Na_2SO_3-Lösung zufügen, bis Schüttelschaum hell wird.

Beide Nährmedien hatten etwa gleiche Konsistenz, wiesen dagegen Farbunterschiede auf. Medium 1 zeigte hellbeige, Medium 2 rosa-hellviolette Färbung, die auch ohne Lichteinwirkung im Kühlschrank in dunkelviolett überging.

Herstellung des Metachromgelbagars nach G a s s n e r :

1 l Nähragar (lt.Vorschr.1/2)
62,5 ccm 2 %ige Metachromgelblösung (2 Minuten aufkochen)
62,5 ccm 1 %ige Wasserblaulösung (10 Minuten aufkochen)
50 g Laktose in aqua dest. lösen (10 Minuten aufkochen)

Alle Reagenzien müssen vorher getrennt aufgekocht werden, da sonst Fällungen auftreten, welche die Wirksamkeit des Metachromgelbs beeinträchtigen und den Nährboden unansehnlich machen. Anschließend werden sämtliche Reagenzien gemischt.

Herstellung von Bismutsulfitagar nach W i l s o n u. B l a i r :

1) 100 g Dextrose
2) 100 g Dinatriumphosphat
3) 100 g Wismutammoniumcitrat
4) 50 g wasserfreies Natriumsulfit

1 - 4 einzeln in aqua dest. lösen. Zunächst 1) in 2) gießen = Gemisch A, 3) in 4) gießen = Gemisch B, A + B mischen = Gemisch C.

Zu diesem Gemisch C werden 200 ccm frisch gekochtes, heißes aqua dest. zugesetzt und 7½ Minuten gekocht (Siedepunkt muß in 5 Minuten erreicht sein), wobei die milchartige Farbe in grau übergeht. Zu dieser noch heißen Lösung werden

5) 100 ccm 13 %ige Ferroammoniumsulfatlösung und
6) 50 ccm einer 1 %igen wässrigen Brillantgrünlösung ("Merk") zugegeben.

Nach tüchtigem Umrühren wird das entstehende Gemisch grünlichgrau. Sofort in Flaschen abgefüllt und luftdicht verschlossen ist es jahrelang haltbar, jedoch erst nach frühestens 5 Wochen verwendbar.

Zur Nährbodenherstellung wird der graue Niederschlag mit einem Glasstab gut verrührt. Auf 1 Teil Grundgemisch kommen 5 Teile heißer Nähragar (lt.Vorschr.1/2); schütteln bis das Ganze bräunlich-grau. In Platten ausgießen und diese 20 Minuten an der Luft trocknen.

Herstellung von Nähragar mit Zusatz von Glycerin:

Verflüssigtem, heißem Nähragar (lt.Vorschrift 1/2) werden 5 % Glycerin zugefügt.

Unbeimpfte, feste Nährböden beider Herstellungsarten zeigten nach 72 Std. Bebrütung bei 37° C gleiche Austrocknungserscheinungen.

III. Eigene Versuche

Vergleich der Wachstumsstärke verschiedener Bakterienarten auf Nähragarplatten (lt. Vorschrift 1 u. 2) mit Zusatz von 5 % defibriniertem Rinderblut.

		Blutagar 1		Blutagar 2	
		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
Bact. influencae	1	++++	++++	-	-
" "	2	++(+)	+++(+)	-	-
" "	3	++	+++	-	-
" "	4	+++	+++	-	-
Pneumokokken	1	++	+++	+	++
"	2	++	+++	+	+(+)
"	3	+++	+++(+)	++	+++
"	4	+++	+++	+	++
Bact.pneum.Fried.	1	++++	++++	++(+)	+++(+)
" " "	2	++++	++++	+++	+++
" " "	3	++++	++++	+++	+++(+)
" " "	4	++++	++++	++(+)	+++
" " "	5	+++(+)	++++	+++	+++
haemol. Strept.	1	+++	+++	++	+++
" "	2	++++	++++	+++	++++

		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
haemol. Strept.	3	++++	++++	+++	+++
" "	4	++++	++++	+++	+++
" "	5	+++(+)	++++	+++	+++
" "	6	++++	++++	+++	+++
vergrün. Strept.	1	+++	+++(+)	++(+)	+++
" "	2	+++	++++	++(+)	+++
" "	3	++(+)	++++	++(+)	+++
" "	4	+++	++++	++(+)	+++
" "	5	++(+)	+++(+)	++(+)	++(+)
" "	6	+++	+++(+)	++	++(+)
Staph.pyog.albus	1	++++	++++	+++	+++
" " "	2	++++	++++	+++	+++(+)
" " "	3	+++(+)	++++	+++	+++(+)
" " "	4	++++	++++	++(+)	+++
" " "	5	++++	++++	+++	+++
" " "	6	+++	+++(+)	++	+++
Staph.pyog.aur.	1	++++	++++	++	++
" " "	2	++++	++++	++	++(+)
" " "	3	++++	++++	++	++(+)
" " "	4	+++(+)	++++	++(+)	+++
" " "	5	++++	++++	++	++(+)
" " "	6	++++	++++	++	++(+)
Mikrokokken	1	++	+++	+	+
"	2	++	++(+)	+	+(+)
"	3	++(+)	+++	+	+(+)
"	4	++	++(+)	+(+)	++
"	5	++	+++	+	+(+)
Enterokokken	1	++++	++++	++	++(+)
"	2	+++(+)	++++	++	++
"	3	+++(+)	++++	++	++(+)
"	4	+++(+)	++++	++	++(+)
"	5	+++(+)	++++	++	++(+)
"	6	+++(+)	++++	++	++
"	7	+++(+)	++++	++	++(+)
Bact. prodig.		++++	++++	++++	++++

		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
Sarcina tetrag.	1	+++	++++	++	+++
" "	2	+++(+)	++++	++(+)	+++
" "	3	+++(+)	++++	++(+)	+++
" "	4	+++	++++	++(+)	+++
" "	5	+++	++++	++(+)	+++
Heubazillus		++++	++++	++(+)	+++
Bac. anthracis		++++	++++	++++	++++
" "	1	+++(+)	++++	+++	+++
" "	2	+++	++++	+++	+++(+)
" "	3	+++(+)	++++	+++	++++

Besondere Beobachtungen:

	Blutagar 1	Blutagar 2
Pneumokokken	gute Vergrünung	schwache Haemolyse
Bact.pneum.Friedl.	ausgesprochene Rasenbildung, stark mukös, Farbe: grauweiß	Schleimbildung gering, Farbe: grau
Haemol. Strept.	sehr starke Haemolyse, Farbe: gelbbraun	Haemolyse gering, farblose, winzige Kolonien
Vergrün. Strept.	gute Vergrünung	leichte Haemolyse
Staph.pyog.albus	weißes Pigment	Wachstum trocken, kleinere Kolonien, Pigment graubraun
Staph.pyog.aur.	5 Stämme zeigen Haemolyse, Pigmentbildung ausgeprägt, 1 Stamm ohne Haemolyse	sämtliche Stämme zeigen auch nach 48 St. keine Haemolyse, Farbe: weißgrau, gelbliches Pigment wird erst nach Abnehmen mit der Öse sichtbar. Die Pigmentbildung wurde auch bei Lichteinwirkung und Zimmertemperatur nicht verstärkt
Enterokokken	Kolonien weißgrau	farblose winzige Kolonien nur mit der Lupe sichtbar
Sarcina	gute Pigmentbildung	schwaches Pigment
Heubazillus	starke Haemolyse	Haemolyse gering
Bac. anthracis	keine Haemolyse	schwache Haemolyse

Ergebnis:

Alle Bakterienarten, mit Ausnahme von Bact. coli, Bac. anthracis und Bact. prodigiosum, zeigten auf der Blutagarplatte d. Vorschr.2 (Dresel) dysgonisches und trockeneres Wachstum. Besonders deutlich trat der Unterschied in der Wachstumsstärke bei den Pneumokokken, Enterokokken und Heubacillen hervor. Bact. influencae war auf der Blutagarplatte 2 auch unter Verwendung eines Staphylokokkenstammes als Amme nicht züchtbar.

Makroskopische Unterschiede zeigten: haemolysierende Streptokokken, vergrünende Streptokokken, Staphylococcus pyogenes albus und aureus und Bact. pneumoniae Friedländer. Bemerkenswert ist das Fehlen der Haemolyse des Staph. aureus und die schwache Haemolyse an Stelle der Vergrünung bei vergrünenden Streptokokken. Das mikroskopische Präparat ergab: bei Bact. pneum. Friedländer auf Blutagar lt. Vorschr. 1 plumpe, kurze Stäbchen gegenüber schlanken, zarten Stäbchen auf 2. Die haemolysierenden Streptokokken zeigen auf Blutagar 2 größere Einzelkokken, den gleichen Befund zeigen die vergrünenden Streptokokken, hier kommt es noch zur Bildung von langen Ketten auf Blutagar 1, während das Präparat von Blutagar n. Vorschr. 2 Einzellagerung bis Kurzketten aufweist. Bac. anthracis wuchs auf Medium 1 in kurzen Ketten mit starker Versporung, auf Medium 2 in sehr langen Ketten mit geringer Versporung.

Vergleich der Wachstumsstärke verschiedener Bakterienstämme aus der
T y p h u s - P a r a t y p h u s - E n t e r i t i s - und C o l i -
Gruppe

auf folgenden Nährböden nach Vorschrift 1 u. 2:

A) Nähragar mit Zusatz von 5 % defibriniertem Rinderblut
B) Milchzucker-Fuchsinagar nach E n d o
C) Metachromgelb-Agar nach G a s s n e r
D) Bismutsulfit-Agar nach W i l s o n und B l a i r
E) Desoxycholat-Laktose-Saccharose-Agar nach L e i f s o n .

A) Blutagar		Blutagar 1		Blutagar 2	
		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
Bact. paratyphi B	1	++++	++++	+++	+++
" " "	2	++++	++++	++	+++
" " "	3	++++	++++	++	+++
Bact.ent.Breslau	1	++++	++++	+++	+++
" " "	2	++++	++++	+++	+++
" " "	3	++++	++++	+++	+++
Bact.ent.Gärtner	1	++++	++++	+++	+++
" " "	2	++++	++++	+++	+++
" " "	3	++++	++++	+++(+)	+++(+)
Bact.typhi	1	++(+)	+++(+)	+	++
" "	2	++	+++	+(+)	++
" "	3	++(+)	+++(+)	+(+)	++
Bact.dys.Flexner	1	++	++++	+	+(+)
B.paradys.K.-Sonne		+	+	+-	+-
B.dys.Shiga-Kruse		+	+	+-	+-
Bact. coli	1	++++	++++	++++	++++
" "	2	++++	++++	++++	++++
" "	3	++++	++++	++++	++++
" "	4	+++	++++	++(+)	+++(+)
" "	5	+++(+)	++++	+++	+++(+)

Besondere Beobachtungen:

	Blutagar 1	Blutagar 2
Bact.paratyphi B	Rasenbildung, üppiges Wachstum	kleinere Einzelkolonien, trockener
Bact.ent.Breslau	keine Haemolyse, gutes Wachstum	nach 48 Stunden Haemolyse
Bact.ent.Gärtner	keine Haemolyse, üppig wachsend	nach 48 St. Haemolyse, mäßiges und trockenes Wachstum
Bact. coli	große, feuchte Kolonien mit Neigung zum Konfluieren	nach 48 St. Haemolyse, Koloniengröße wie auf 1
Bact. typhi	Rasenbildung	sehr kleine graue Einzelkolonien
B.parad.Kruse-Sonne (E-Ruhr)	nur geringes Wachstum	punktförmige Einzelkolonien

Ergebnis:

Bei den vergleichenden Beobachtungen ergab sich, daß alle Bakterienarten mit Ausnahme von Bact. coli auf Blutagar n. Vorschr. 2 geringeres Wachstum zeigten als auf Blutagar 1. In Form und Farbe bestand kein Unterschied. Auffällig war die Haemolysebildung des Bact. coli und der Bakterien der Enteritisgruppe auf Blutagar n. Vorschr. 2. Im mikroskopischen Bild war kein Unterschied zu erkennen.

B) Milchzucker-Fuchsinagar nach E n d o

		Endoagar 1		Endoagar 2	
		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
Bact.paratyphi B	1	++++	++++	+++	++++
" " "	2	++++	++++	+++	+++(+)
" " "	3	++++	++++	+++	+++(+)
Bact.ent.Breslau	1	++++	++++	+++	+++(+)
" " "	2	++++	++++	+++	+++(+)
" " "	3	++++	++++	+++	++++
Bact.ent.Gärtner	1	++++	++++	+++	+++(+)
" " "	2	++++	++++	+++(+)	+++(+)
" " "	3	++++	++++	+++	+++(+)
Bact. typhi	1	+++	+++(+)	++(+)	+++
" "	2	++	+++	+(+)	++(+)
" "	3	+++	+++	++(+)	+++
Bact.dys.Flex.		++	++(+)	+	++
B.paradys.Kruse-Sonne		+(+)	++(+)	+-	+(+)
B.dys.Shiga-Kruse		+(+)	++(+)	+	+
Bact. coli	1	++++	++++	+++(+)	+++(+)
" "	2	++++	++++	+++(+)	++++
" "	3	++++(+)	++++	+++(+)	+++(+)
" "	4	++++	++++	+++(+)	+++(+)

Besondere Beobachtungen:

	Endoagar 1	Endoagar 2
B.parat. B.	farblose, durchsichtige Kolonien zu Rasen zusammengeflossen	trockeneres Wachstum, ebenfalls Rasenbildung, Farbe: rosa

Bact.ent.Breslau	Rasenbildung farblos	Einzelkolonien Farbe: rosa
Bact.ent.Gärtner	"	"
Bact. typhi	farblose, durchsichtige Kolonien	Einzelkolonie kleiner als auf 1, Farbe: rosa
Bact.p.Kruse-Sonne Bact.dysent.Flexner Bact.dys.Shiga-Kr.	leicht rosa schimmernde Einzelkolonien, 3-4 mal grösser als auf Endo 2	winzige Einzelkolonien, nur geringes Wachstum
Bact. coli	Kulturrasen undurchsichtig, üppiges Wachstum, ausgeprägter Fuchsinglanz	teils Rasen, teils Einzelkolonien, letztere sind glatt, rund u. kleiner als auf Endo 1, ausgeprägter Fuchsinglanz

Ergebnis:

Bact. parat. B, Bact.ent.Breslau, Bact.ent.Gärtner, und Bact. coli zeigen im Wachstum nur geringen Unterschied, ebenfalls Bact. typhi. Sehr schwach wuchsen Bact.dys.Flexner, Bact.dys.Shiga-Kruse, Bact.paradys. Kruse-Sonne (E) und Enterokokken.

Im Gegensatz zu der E n d o - Platte 1 zeigen die Kolonien von Bact.parat.B, Bact.ent.Breslau, Bact.ent.Gärtner und Bact.typhi auf Medium 2 einen rosa Farbton.

Farbe der frisch gegossenen Platten:

Endo-Platte 1: hellbeige,
Endo-Platte 2: hellrosa, ein wenig in violett übergehend.

Im mikroskopischen Bild bestand kein Unterschied.

C) Metachromgelbagar nach G a s s n e r

		Gassneragar 1		Gassneragar 2	
		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
Bact.parat. B	1	++++	++++	+++(+)	+++(+)
" " "	2	++++	++++	+++	+++
" " "	3	++++	++++	+++	+++
Bact.ent.Breslau	1	++++	++++	+++	+++
" " "	2	+++(+)	++++	++(+)	+++(+)
" " "	3	++++	++++	+++	+++

		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
Bact.ent.Gärtner	1	++++	++++	+++	+++(+)
" " "	2	++++	++++	+++	+++
" " "	3	++++	++++	+++	+++(+)
Bact.typhi	1	++(+)	+++(+)	++(+)	+++
" "	2	+(+)	++(+)	+(+)	++
" "	3	+++	+++(+)	++	++(+)
Bact.dys. Flexner		+	++	+	+
B.parady.Kr.-Sonne (E)		++	++	+	+
B.dys.Shiga-Kruse		+	++	+-	+
Bact. coli	1	++++	++++	++++	++++
" "	2	++++	++++	++++	++++
" "	3	++++	++++	+++(+)	+++(+)
" "	4	++++	++++	+++	+++(+)

Besondere Beobachtungen:

	Gassneragar 1	Gassneragar 2
Bact.parat.B	gelbe Kolonien, dichtes Wachstum	Gelbfärbung der Kolonien nicht so intensiv, trokkeneres Wachstum, Rasen am Rand sich in Einzelkolonien auflösend
Bact.ent.Breslau und Gärtner	große Einzelkolonien, gute Gelbfärbung	Kolonien halb so groß, dichtes, trockeneres Wachstum, grünliche Färbung
Bact.dys.Shiga-Kruse	wenige Einzelkolonien, glasig, gelb	sehr spärliches Wachstum, grünliche Farbe
Bact. coli	tiefblaue, üppige Kolonien, Blaufärbung des Nährbodens	üppiges Wachstum, Bläuung nicht so stark, gleiche Koloniengröße

Ergebnis:

Die Intensität des Wachstums von Bact. coli ergab keinen Unterschied. Die gesamten Stämme der TPE-Gruppe wuchsen auf Gassner 2 matter, trockener und etwas schwächer, außerdem mit grünlicher Farbe.

Ein mikroskopischer Unterschied war nicht festzustellen.

D) Bismutsulfitagar nach W i l s o n und B l a i r

		Wilson-Blair-Agar 1		Wilson-Blair-Agar 2	
		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
Bact.parat.B	1	++++	++++	++++	++++
" " "	2	+++	+++(+)	++	++
" " "	3	++++	++++	++++	++++
Bact.ent.Bresl.	1	++(+)	+++(+)	++++	++++
" " "	2	++(+)	+++	++++	++++
" " "	3	+++	+++(+)	++++	++++
Bact.ent.Gärt.	1	++++	++++	+++(+)	++++
" " "	2	++++	++++	++++	++++
" " "	3	++(+)	+++	+(+)	++(+)
Bact.typhi	1	++	++	+	+
" "	2	++	++	+	+
" "	3	++	++	+	+(+)
Bact.dys.Flexner		+	+	+-	+-
B.paradys.Kruse-S.(E)		+-	+-	+-	+-
B.dys.Shiga-Kruse		+-	+-	-	-
Bact.coli	1	+(+)	++	+(+)	++
" "	2	++(+)	+++	++(+)	+++
" "	3	++(+)	+++	++(+)	+++
" "	4	+(+)	+(+)	+(+)	+(+)

Besondere Beobachtungen:

	Wilson-Blair-Agar 1	Wilson-Blair-Agar 1
Bact.parat.B	leicht erhabene grüne Kolonien, beginnende Schwärzung am Rand	nach 24 Std. weiß, nach 48 Std. hellgrün mit schwarzem Saum
Bact.ent.Breslau und Gärtner	runde Kolonien mit grüner bis dunkelbrauner Farbe	schwarzbraun mit starkem Metallglanz
Bact.typhi	blaßgrün, mäßiges Wachstum	weiß, nur in Einzelkolonien wachsend
Bact. coli	braungrün mit Metallglanz, kleine Kolonien	dunkelgrün mit braunem Rand, gleiche Koloniengröße

Ergebnis:

Bei Bact.parat.B, Bact.ent.Gärtner, Bact.coli und Bact.paradys. Kruse-Sonne (E) bestand kein Wachstumsunterschied. Bact.ent.Breslau zeigte auf Wilson-Blair nach Vorschr. 2 besseres, Bact.typhi und Bact.dys.Flexner schlechteres Wachstum. Bei Bact.paradys.Kruse-Sonne (E) und Bact.dys.Shiga-Kruse war kaum Wachstum zu beobachten.

Im mikroskopischen Präparat konnte ein morphologischer Unterschied nicht beobachtet werden.

E) Desoxycholat-Citrat-Laktose-Saccharoseagar nach L e i f s o n :

		Leifsonagar 1		Leifsonagar 2	
		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
Bact.parat.B	1	++++	++++	++(+)	+++
" " "	2	+++	++++	+(+)	+(+)
" " "	3	+++	++++	++	+++
Bact.ent.Breslau	1	+++	++++	++(+)	+++
" " "	2	++	++++	+(+)	+++
" " "	3	+++	++++	++	+++
Bact.ent.Gärtner	1	+++(+)	++++	++	++
" " "	2	++++	++++	++	+++
" " "	3	+++(+)	++++	++	++
Bact.typhi	1	++(+)	+++	+(+)	++
" "	2	++(+)	+++	+	+(+)
" "	3	++	+++	+	+(+)
Bact.dys.Flexner		+	+(+)	+-	+-
B.paradys.Kruse-S.(E)		+-	+	+-	+-
Bact.Coli	1	++++	++++	+++	+++(+)
" "	2	++++	++++	++(+)	+++
" "	3	++++	++++	+++	+++(+)
" "	4	++++	++++	+++	+++

Besondere Beobachtungen:

	Leifsonagar 1	Leifsonagar 2
Bact.parat.B.	dichter Rasen, Schwärzung erst nach 48 Std.	Rasenbildung löst sich am Rand in Einzelkolonien auf
Bact.ent.Breslau und Gärtner	Rasenbildung	Einzelkolonien, zum Teil zusammengeflossen

Ergebnis:

Sämtliche Stämme wuchsen auf Leifson 2 schwächer. Coli-Wachstum auf beiden Platten rosa, auf Leifson 1 im Gegensatz zu der zu erwartenden Hemmung üppig, auf Leifson 2 gut.

Unterschiede im mikroskopischen Bild bestanden nicht.

M i s c h p l a t t e n

Um die morphologischen Unterscheidungsmerkmale zwischen pathogenen Darmkeimen und Bact.coli zu prüfen, wurden Mischkulturen von Bact.coli und je einem Vertreter der TPE-Gruppe auf folgende, nach Vorschr. 1 bzw. 2 hergestellte Nährböden ausgestrichen:

1. Bismutsulfitagar nach W i l s o n u. B l a i r
2. Metachromgelbagar nach G a s s n e r
3. Milchzucker-Fuchsinagar nach E n d o
4. Desoxycholatcitrat-Laktose-Saccharoseagar nach Leifson

T e c h n i k :

Eine mit Bact.coli bzw. Bact.ent.Gärtner, Bact.ent.Breslau, Bact.parat.B, Bact.typhi oder Bact.dys.Flexner beimpfte 24 std. Schrägagarkultur wurde mit 2 ccm physiologischer Kochsalzlösung abgeschwemmt. 0,005 ccm der Coliabschwemmung und 0,01 ccm der Abschwemmung von je 1 Vertreter der TPE-Gruppe wurde gemischt, in 10 ccm NaCl-Lösung gebracht und davon 0.01 ccm auf die vorgetrockneten Platten ausgespaltet.

E r g e b n i s s e und besondere B e o b a c h t u n g e n:

W i l s o n - B l a i r

Die Unterdrückung des Coli-Wachstums war auf beiden Wilson-Blair-Arten vollkommen. Bact.ent.Gärtner zeigte auch auf beiden Arten gutes Wachstum, dunkelgrüne Kolonien mit schwarzbraunem Zentrum. Die Einzelkolonien hatten auf Wilson-Blair nach Vorschr. 2 nur den halben Durchmesser. Bact.ent.Breslau wuchs auf beiden Platten mit grünbrauner Farbe. Gegenüber dem mäßigen Wachstum auf Wilson-Blair 1 zeigten sich auf Medium 2 nur wenige Einzelkolonien.

Der Metallglanz auf Wilson-Blair 2 ist nach 48 Std. besonders ausgeprägt. Bact.parat.B ließ keinen Wachstumsunterschied erkennen. Die Farbe ist auf Wilson-Blair 1 dunkelgrün, auf 2 blaßgrün, bei gleicher Koloniengröße. Auch bei Bact.typhi liegt der Unterschied nur in der Farbe, 1 = hellgrün, 2 = weiß.

G a s s n e r

Die Unterscheidung zwischen den Bakterien der TPE-Gruppe und Bact.coli auf Gassner-Agar nach Vorschr. 2 ist ziemlich schwierig. Kleine Kolonien können leicht übersehen werden, da die Gelbfärbung der TPE-Gruppe nicht sehr intensiv war. Bact.coli wuchs auf beiden Platten gleichgut mit tiefblauen, undurchsichtigen Kolonien. Auf Gassner 2 war die Bläuung etwas geringer.

E n d o

Die Differenzierung von Bact.coli und der TPE-Gruppe war auch hier auf Endo-Agar 2 sehr schwierig, da die Farbe des Nährbodens in frischem Zustand schon zartviolett ist und sich auch ohne Bebrütung und Lichteinwirkung dunkler färbt. Auf Endo-Agar 1 zeigen die Erreger der TPE-Gruppe weißes bis farbloses, auf Endo-Agar 2 rosa Wachstum. Der Fuchsinglanz ist auf beiden Platten gleichgut. In Kolonienform und Wachstumsstärke bestand kein Unterschied.

L e i f s o n

Ein Unterschied hinsichtlich Kolonienform und Farbe bestand nicht. Das Wachstum war auf beiden Leifson-Chargen mäßig. Die Schwärzung der TPE-Gruppe trat auf beiden Nährböden nach 48 Std. auf. Die einzelnen Keimarten waren noch zu unterscheiden.
Leifson-Agar 1: Coli-Hemmung gut
Leifson-Agar 2: Coli-Hemmung geringer.

Vergleich der Wachstumsstärke verschiedener Diphtherie-Bakterienstämme auf beiden Grund-Nährmedien (n.Vorschr. 1 bzw. 2).

a) Blutagarplatte
b) Cystin-Telluragarplatte
c) Kochblutplatte nach L e v i n t h a l

Technik:

Von einer 24-stündigen Schrägagarkultur ausgehend, wurden etwa gleiche Mengen Kulturmaterial sektorenförmig auf die obigen Nährböden ausgestrichen.

a) Blutagar:

		Blutagar 1				Blutagar 2			
		24 St.		48 St.		24 St.		48 St.	
C.dipht.Typ.gravis	1	++++	H*)	++++	H	++++		++++	H
" " " "	2	++++	H	++++	H	+(+)	H	+++	H
" " " "	3	++++	H	++++	H	++(+)	H	+++(+)	H
" " " "	4	++++		++++		+++(+)		++++	H
" " " "	5	+++(+)	H	+++(+)	H	+++(+)	H	++++	H
C.dipht.Typ.intermed.		++++		++++		+(+)		+(+)	
" " " "	2	+++(+)		++++		+++(+)		+++(+)	
C.dipht.Typ mitis		++++		++++	H	++++	H	++++	H
C.paradipht.	1	++++		++++		+++(+)		++++	
" "	2	++++		++++		+++(+)		++++	
" "	3	++++		++++		+++(+)		++++	
C.pseudo-dipht.		++++		++++		+++		+++	

Besondere Beobachtungen:

	Blutagar 1	Blutagar 2
C.dipht.Typ gravis	üppiger,weißer Rasen, Haemolyse	zarter Kulturrasen, geringe Haemolyse
C.dipht.Typ intermed.	kleine, farblose Kolonien	winzige Einzelkolonien, ohne Eigenfarbe
C.dipht.Typ mitis	Haemolyse,große,glatte,weißliche Kolonien	Haemolyse nicht so stark, fast farblose Kolonien, gleich.Größe
B.paradipht.	weiße Einzelkolonien, in Rasen übergehend	weiß wachsend,trockenere und weniger üppige Einzelkolonien

*) H = Haemolyse

B. pseudodipht.	weißer Kulturrasen	grauer Kulturrasen, löst sich am Rande in Einzelkolonien auf

Ergebnis:

In Hinsicht auf die Wachstumsstärke ergab sich bei beiden Agararten kein besonderer Unterschied. Im allgemeinen resultierten auf Nährmedien 2 trockenere und zartere Einzelkolonien mit geringer ausgeprägterer Haemolyse.

Bei Anzüchtung auf Blutagar nach Vorschr. 2 ergab die Neißerfärbung bessere Polkörnchendarstellung, außerdem bei Corynebact. diphth. Typ gravis ausgesprocheneres Längenwachstum.

b) Cystin-Telluragar:

		Cystin-T 1		Cystin-T 2	
		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
C.dipht.Typ gravis	1	+++(+)	++++	+++	+++
" " " "	2	+++	+++(+)	++	++
" " " "	3	++++	++++	++(+)	++(+)
" " " "	4	+++(+)	+++(+)	++	++(+)
" " " "	5	+++(+)	++++	++(+)	+++
C.dipht.Typ intermed.		+++(+)	++++	++(+)	++(+)
" " " "	2	+++	+++(+)	+++	+++
C.dipht.Typ mitis		+++(+)	+++(+)	++++	++++
C.paradipht.	1	+++(+)	+++(+)	+++	+++
" "	2	++++	++++	+++	+++(+)
" "	3	++++	++++	+++(+)	+++(+)
C.pseudodipht.		++++	++++	+++	+++(+)

Besondere Beobachtungen:

	Cystin-T 1	Cystin-T 2
C.dipht.Typ gravis	gutes bis üppiges Wachstum, große Einzelkolonien, gute Tellurreduktion	aufgelockertes Wachstum, Tellurreduktion geringer

C. dipht.Typ mitis	runde,spiegelnde Kolonien, schwarz mit glattem Rand	runde,matte,dunkelgraue Kolonien,Neigung zum Konfluieren
C. paradipht.	tiefschwarze,glänzende Kolonien, teils ineinanderfließend	gleiche Koloniengröße, geringe Tellurreduktion (grau)

Ergebnis:

Die frisch hergestellten, unbeimpften Medien der Vorschr. 1 u. 2 zeigten hinsichtlich Farbe und Konsistenz keinen Unterschied. Die verwendeten Stämme von C. diphth. ließen auf Cystin-Telluragar (Vorschr. 2) durchschnittlich schwächeres Wachstum als auf den Vergleichsmedien erkennen. Eine Ausnahme bildete nur der geprüfte Stamm von C.diphth.Typ mitis. Entsprechend wurde auf Medium 2 eine geringere Tellurreduktion beobachtet (graue Kolonien).

c) Kochblutagar nach L e v i n t h a l :

		Kochblut 1		Kochblut 2	
		24 St.	48 St.	24 St.	48 St.
C.dipht.Typ gravis	1	+++	++++	+++(+)	+++(+)
" " " "	2	+++(+)	+++(+)	+++	+++(+)
" " " "	3	+++	+++(+)	+++	+++(+)
" " " "	4	++++	++++	++++	++++
" " " "	5	++(+)	++++	+++	++++
C.dipht.Typ intermed.		+++	++++	++(+)	+++
" " " "	2	++(+)	+++	+++(+)	+++(+)
C.dipht.Typ mitis		++++	++++	++++	++++
C.paradipht.	1	++++	++++	++++	++++
" "	2	++++	++++	++++	++++
" "	3	++++	++++	++++	++++
C.pseudodipht.		++++	++++	+++(+)	+++(+)

Besondere Beobachtungen:

	Kochblut 1	Kochblut 2
C.dipht.Typ intermedius	große Kolonien mit Neigung zum Konfluieren	winzige Kolonien

Ergebnis:

Mit Ausnahme von C.diphth.Typ intermedius zeigten die geprüften Stämme auf beiden Medien annähernd gleichgutes Wachstum. Unterschiede der Kolonienform und Farbe sowie des morphologisch-mikroskopischen Bildes (auf beiden Medien) konnten nicht beobachtet werden.

Wachstumsvergleich verschiedener Brucella-Stämme

auf
a) Nähragar mit Zusatz von 5 % defibr. Rinderblut
b) "Schokoladeagar" n. V o g e s
c) Nähragar mit Zusatz von 5 % Glycerin

Geprüft wurden: 4 Stämme von Brucella abortus Bang
1 Stamm von Brucella abortus suis
1 Stamm von Brucella abortus melitensis

Von 24-std.Schrägagar-Kultur ausgehend wurden die Stämme sektorenförmig auf obige Nährböden (nach beiden Herstellungsvorschriften) verimpft, 48 Std. bei 37° C bebrütet und vergleichend beurteilt.

Ergebnis:

Sämtliche auf Blutagar und "Schokoladeagar", hergestellt nach Vorschr. 1, gezüchteten Brucella-Stämme ließen üppigeres Wachstum erkennen. Ein umgekehrtes Verhalten zeigte sich auf Glycerinagar der Vorschr. 1 bzw. 2.

Empfindlichkeitsprüfung verschiedener Bakterienarten gegen antibiotische und chemotherapeutische Substanzen auf Nähragar (n.Vorschr.1 und 2) mit Zusatz von 5 % defibriniertem Rinderblut im Diffusionstest.

(Tabelle 1)

a) Penicillin
b) Streptomycin
c) Chloromycetin
d) Terramycin
e) Achromycin
f) Gantrisin
g) Supronal

Auf Blutagarplatten der Vorschr. 1 bzw. 2 wurden Filterpapierblättchen (Durchmesser 12,5 mm) mit antibiotischen bzw. chemotherapeutischen Substanzen nachfolgender Konzentration aufgelegt. Vor Beimpfen in Form von Sektoren wurden die Platten 5 Std. im Kühlschrank aufbewahrt, um eine vollständige Diffusion der Substanzen zu gewährleisten.

Wirksubstanz je Blättchen:

Penicillin:	3 IE.	Achromycin:	60 gamma
Streptomycin:	60 gamma	Gantrisin:	4 mg
Chloromycetin:	60 gamma	Supronal:	4 mg
Terramycin:	60 gamma		

Ergebnis:

Die auf Blutagar der Vorschr. 2 angezüchteten Bakterienarten zeigten sich gegenüber Penicillin, Streptomycin, Chloromycetin und Achromycin empfindlicher als auf Medium 1. Ein gleiches Verhalten konnte bei den gantrisinempfindlichen Erregern beobachtet werden.

Im Gegensatz dazu hemmt Terramycin das Keimwachstum auf Blutagar nach Vorschr. 1 stärker.

Ein unterschiedliches Verhalten zeigten die Keimarten bei Empfindlichkeitsprüfung gegenüber Supronal auf beiden Medien.

Wachstumsvergleich verschiedener Bakterienarten auf beiden Grundmedien (Nähragar) bei Verimpfung im "hohen Stich" (Tabelle 2)

Technik:

7 ccm Nähragar der Vorschr. 1 bzw. 2 wurden in Reagenzröhrchen abgefüllt (Hochschicht).

Von 24-std. Schrägagarkulturen verschiedener Bakterienarten ausgehend wurden etwa gleiche Mengen Kulturmaterial im "hohen Stich" auf die Agar-Röhrchen verimpft und bei 37° C bebrütet.

Vergleichende Ablesung erfolgte nach 1 - 4 mal 24 Std.

Ergebnis:

Die geprüften Stämme von Bact.coli, Bact.pyocyaneum, Bact.proteus und haemol. Streptokokken zeigten auf beiden Grundmedien gleichgutes Wachstum. Die übrigen Stämme wuchsen auf Nähragar der Vorschr. 1 besser. Das Wachstum im Stichkanal unterschied sich bei beiden Nährböden nicht wesentlich.

Die Gasbildung war auf Nähragar 1 deutlich ausgeprägt, fehlte dagegen auf Nähragar 2 vollständig.

Vergleich der Farbstoffbildung von Bact.pyocyaneum
auf Nähragar der Vorschr. 1 bzw. 2

Technik:

10 ccm Nähragar nach Vorschr. 1 bzw. 2 wurde in Reagenzröhrchen abgefüllt (Hochschicht). Ausgehend von 24 std. Schrägagarkulturen wurden 13 Stämme von Bact.pyo. im "hohen Stich" auf die Hochschicht-agar-Röhrchen verimpft. Auch hier wurde angestrebt, stets etwa gleiche Mengen Kulturmaterial aufzubringen. Bei der Auswertung, die nach 1 - 3 mal 24 Std. Bebrütung bei 37° C erfolgte, wurde unterschieden:

+ = schwache Farbstoffbildung	g = grün
++ = mäßige Farbstoffbildung	gg = gelbgrün
+++ = gute Farbstoffbildung	dg = dunkelgrün
++++ = starke Farbstoffbildung	bg = blaugrün
( ) = gibt Zwischenwerte an	

		Nähragar 1			Nähragar 2		
		24	48	72	24	48	72
B.pyo.	1	+	+(+)	+(+)	++(+)dg	+++ dg	+++ dg
" "	2	(+)	+	+(+)	++ dg	++(+)dg	+++ dg
" "	3	-	(+)	(+)	++(+) g	++(+) g	++(+) g
" "	4	+-	+	+	++(+) g	++(+) g	++(+) g
" "	5	+-	(+)	(+)	+ gg	++(+)gg	+++ gg
" "	6	+	+(+)	+(+)	++ g	++(+) g	+++ g
" "	7	-	-	-	+(+) gg	++ gg	+++(+)gg

		24	48	72	24	48	72
B.pyo.	8	+	+(+)	++	++(+)bg	+++ bg	+++(+)bg
" "	9	-	-	-	++(+)bg	+++ bg	+++(+)bg
" "	10	-	-	-	++(+)gg	+++ gg	+++(+)gg
" "	11	-	-	-	+(+) gg	++(+) gg	+++(+)gg
" "	12	-	-	-	+ gg	++(+) gg	+++(+)gg
" "	13	+	+	+	++(+)dg	++(+) dg	++(+) dg

Ergebnis:

Auf Nährmedium 1 war die Farbstoffbildung nur bei 6 Stämmen deutlich zu beobachten. Stamm 3 und 5 ließen nach 24 Std. keine, nach 48 Std. ganz schwache Farbstoffbildung erkennen.

Auf Nähragar nach Vorschr. 2 war bereits nach 24 Std. bei allen geprüften Stämmen gut ausgeprägte Farbstoffbildung zu erkennen.

Vergleich des Schwärmvermögens von Bact.proteus auf Nähragar nach Vorschr. 1 bzw. 2 mit Zusatz von 5 % defibriniertem Rinderblut.

Technik:

Zur Prüfung wurden 20 Proteus-H-Stämme verwandt. Von 24 Std. Schrägagarkultur wurden kleine Mengen Kulturmaterial mit der Öse auf die Mitte der Blutagarplatten der Vorschr. 1 bzw. 2 übertragen und bei 37° C bebrütet. Nach einer Zeit von 6, 24, 30, 48 und 72 Std. wurde Wachstumsstärke und Durchmesser des Schwärmrasens auf beiden Nährmedien verglichen.

	Blutagar 1					Blutagar 2				
	6	24	30	48	72	6	24	30	48	72
B.prot. 1	0	87	87	87	87	9	80	87	87	87*
" " 2	10	87	87	87	87	9	78	85	87	87
" " 3	8	30	33	48	69	0	20	21	22	24
" " 4	11	18	19	22	24	8	29	30	30	38
" " 5	16	87	87	87	87	0	36	47	72	78

*) Durchmesser des Schwärmrasens in mm

B.prot. 6	9	73	87	87	87	7	64	77	84	85 H
" " 7	20	87	87	87	87	7	87	87	87	87
" " 8	8	66	87	87	87	0	54	76	87	87
" " 9	38	87	87	87	87	8	75	80	87	87
" " 10	14	87	87	87	87	6	87	87	87	87
" " 11	41	87	87	87	87	0	32	47	78	87
" " 12	20	87	87	87	87	7	67	78	84	85
" " 13	30	87	87	87	87	0	75	84	87 H	87 H
" " 14	16	87	87	87	87	0	57	78	87	87
" " 15	87	87	87	87	87	10	67	70	80	85 H
" " 16	13	87	87	87	87	0	78	87	87	87
" " 17	15	87	87	87	87	0	50	56	75 H	80 H
" " 18	0	18	30	72	80	0	0	10	39	45
" " 19	0	82	87	87	87	0	27	36	53	65 H
" " 20	0	87	87	87	87	0	9	16	68	77

Ergebnis:

Das Schwärmvermögen von Bact. proteus ist auf Blutagar nach Vorschr. 2 wesentlich schwächer. Nach 6 Std. lassen 8 Stämme noch keinen Schwärmrasen erkennen, während auf Blutagar 1 nur bei 3 Stämmen kein Schwärmhof um die zentral aufgesetzte Kulturmasse zu beobachten ist. Nach 24 Std. sind auf Blutagar 2 nur 2 Platten, auf Blutagar nach Vorschr. 1 bereits 13 Platten völlig überschwärmt. Nur 3 Proteusstämme auf Blutagar 1 gegenüber 10 Stämmen auf Blutagar 2 haben nach 72 Std. die Platten noch nicht völlig mit ihrem Schwärmrasen überwuchert.

Außerdem bewirken 5 Stämme auf Blutagar 2 Haemolyse, die auf Blutagar nach Vorschr. 1 fehlt.

Keimzahlbestimmungen auf Nährmedien nach Vorschr. 1 bzw. 2

Technik:

24 Std. Schrägagarkulturen von Bact. coli, Bact.parat.B, vergrün.Streptokokken und haemol.Streptokokken wurden mit 2 ccm physiologischer Kochsalzlösung abgeschwemmt und verschiedene Verdünnungen

hergestellt. 1 ccm der jeweiligen Verdünnung wurde mit 9 ccm verflüssigten Nähragar nach Vorschr. 1 bzw. 2 in Platten ausgegossen und gut durchmischt. Zur Sicherung der Ergebnisse wurden stets 2 Platten hergestellt, mit Hilfe eines Zählkreuzes ausgezählt und der Durchschnittswert der Keimzahl ermittelt (Streptokokken und Staphylokokken wurden auf Levinthal-Agar gezüchtet).

Ergebnis:

		Nähragar 1	Nähragar 2
Bact.coli	(Verdünnung $1:10^{10}$)	21 020 Keime	17 500 Keime
Bact.parat.B	(Verdünnung $1:10^{9}$)	19 840 Keime	19 600 Keime
vergrün.Strept.	(Verdünnung $1:10^{9}$)	2 350 Keime	2 050 Keime
haemol.Strept.	(Verdünnung $1:10^{6}$)	1 102 600 Keime	62 380 Keime
haemol.Staph.	(Verdünnung $1:10^{4}$)	35 600 Keime	22 900 Keime

Der Unterschied in der Keimzahl zwischen den in beiden Nährmedien gezüchteten Bakterienarten ist bei Bact.parat.B und vergrünenden Streptokokken gering. Bei Bact.coli, haemol.Streptokokken und haemol.Staphylokokken zeigten die nach Vorschr. 2 hergestellten Gußplatten weniger Keime. Besonders unterschiedlich war das Ergebnis bei den haemol. Strept., bei denen die Auszählung auf Levinthal nach Vorschr. 1 einen 17 mal höheren Wert ergab.

Vergleich der Aeskulinspaltung in Nährmedien nach Vorschr.1 u.2

Herstellung der Aeskulin-Bouillon:

0,1	g	Aeskulin
10	ccm	Aqua dest.
100	ccm	Nährbouillon nach Vorschr. 1 bzw. 2

Das Glukosid Aeskulin wird in aqua dest. durch kurzes Aufkochen gelöst und der Bouillon (Vorschr. 1 bzw. 2) zugegeben. Nach nochmaligem, kurzen Aufkochen werden je 5 ccm in Reagenzröhrchen abgefüllt und ½ Stunde bei 0,5 atü im Autoklaven sterilisiert.

Indikatorlösung:

1 g Ferrum citricum oxydatum wird in 100 ccm aqua dest. gelöst.

Technik:

Zur Prüfung der Aeskulinspaltung wurden 10 Enterokokkenstämme verwandt. Von 24 Std. Schrägagarkulturen ausgehend wurden möglichst gleiche Keimmengen derselben in die Nährröhrchen verimpft und 48 Std. bei 37° C bebrütet. Um die Aeskulinspaltung in Traubenzucker und Aeskuletin sichtbar zu machen, wurden 2-3 Tropfen der Indikatorlösung in jedes bebrütete Röhrchen gegeben. Bei positivem Ergebnis zeigte sich ein Farbumschlag nach braunschwarz.

Ergebnis:

Sämtliche 10 geprüften Enterokokkenstämme spalteten in beiden Nährmedien gleichmäßig Aeskulin.

Vergleichende Untersuchung der Vergärung von Milch- und Traubenzucker in Nährbouillon nach Vorschr. 1 bzw. 2

(Tabelle 3)

Herstellung der Milch- bzw. Traubenzuckerbouillon:

1 l alkalische Brühe (nach Vorschr. 1 bzw. 2) wird mit folgenden Zusätzen versehen:

15 % Lackmuslösung und 1 % Zucker (Milch- bzw. Traubenzucker), der in sterilem aqua dest. gelöst und 20 Minuten bis ½ Stunde abgedampft wird, werden unter sterilen Bedingungen der Brühe zugegeben. pH-Einstellung mit NaOH auf 7.3.

Technik:

In mit Gährröhrchen versehene, sterile Reagenzröhrchen werden 5 ccm Milchzucker- bzw. Traubenzuckerbouillon (nach Vorschr. 1 bzw.2) pipettiert und die Röhrchen 2 mal 20 Minuten an aufeinanderfolgenden Tagen im Dampftopf sterilisiert.

Zur Prüfung der Milchzuckervergärung wurden 15 Colistämme, bei der Traubenzuckervergärung verschiedene Bakterien aus der TPE-Coli-Gruppe verwendet.

Jedes Röhrchen wurde mit etwa gleichen Keimmengen, von 24 Std. Schrägagarkulturen ausgehend, mittels der Öse beimpft, 24 und 48 Std.

bei 37° C bebrütet und Gasbildung sowie Farbumschlag verglichen. Nach 48 Std. wurde der pH-Wert der Kulturen mit dem pH-Meßgerät, Polymetron-Zürich, bestimmt.

Ergebnis:

Milchzuckervergärung:

13 Colistämme ließen bereits nach 24 Std. in beiden Nährmedien einen deutlichen Farbumschlag nach rot erkennen, der nach 48 Std. noch stärker wurde. 14 Colistämme bildeten Gas; ein Unterschied in beiden Medien konnte nicht beobachtet werden.

Der Vergleich der pH-Werte ergab auf Nährmedium 2 etwas grössere Säureproduktion.

Traubenzuckervergärung:

Alle geprüften Bakterienarten zeigten in beiden Nährmedien schon nach 24 Std. Bebrütung starke Säurebildung. Die Gasbildung war bei sämtlichen Keimen in Traubenzuckerbouillon nach Vorschr. 2 stärker.

Die pH-Messung ergab in beiden Nährmedien annähernd gleiche Werte. Lediglich 2 Colistämme wiesen in Traubenzuckerbouillon nach Vorschr. 2 stärkere Säurebildung auf.

Verhalten verschiedener Bakterienarten auf Eisenagar nach K l i g l e r

(Vorschr. 1 bzw. 2)

(Tabelle 4)

Herstellung:

Lösung 1: In 100 ccm destiliertem, kalten Wasser werden 2 g Eisensulfat gelöst.

Lösung 2: In 100 ccm destiliertem, kalten Wasser werden 0,8 g Natriumthiosulfat gelöst.

Lösung 3: In 100 ccm destiliertem, kalten Wasser werden 4,0 g Natriumsulfit gelöst.

Die Lösungen 1-3 werden zum Gebrauch frisch hergestellt.

Indikator-Lösung:

In 10,0 ccm warmen, 96 %igen Alkohol werden 0,1 g Phenolsulfophthalein gegeben und mit warmem Wasser auf 100 ccm aufgefüllt.

Zu 1 l verflüssigten Nähragar nach Vorschr. 1 bzw. 2 (+) werden 10 g Laktose, 1 g Dextrose und je 10 ccm der Lösungen 1-3 und 24 ccm der Indikator-Lösung gegeben. pH = 7.3

Technik:

Je 8 ccm Nährsubstanz wurde in Reagenzröhrchen abgefüllt, 10-15 Minuten im Dampftopf sterilisiert und so zum Erstarren gebracht, daß in der Kuppe des Röhrchens eine etwa 3 cm lange Hochschicht und darüber eine ebenso lange Schrägfläche entstand.

Von 24 std. Schrägagarkulturen verschiedener Bakterienarten ausgehend wurden etwa gleiche Mengen Kulturmaterial in das in den Röhrchen gebildete Kondenswasser eingerieben, die Schrägfläche damit beimpft und der "hohe Stich" angelegt. Nach Bebrütung von 24 und 48 Std. bei 37° C wurde das Ergebnis abgelesen und ausgewertet.

Dextrosevergärung: Gelbfärbung der Stichkultur
Laktosevergärung: Gelbfärbung der Schrägfläche
Gasbildung: Gasblasen im Stich, Sprengung des Agars
Schwefelwasserstoffbildung: Schwärzung des Nährbodens.

Ergebnis:

Die Dextrose- und Laktosevergärung ergab auf beiden Nährmedien gleiche Resultate. Hinsichtlich Gas- und Schwefelwasserstoffbildung bestanden Unterschiede. Sämtliche Keime ließen auf Eisenagar nach Vorschr. 1 stärkere Gasbildung erkennen. Die Schwefelwasserstoffbildung war auf Medium 2 anfänglich geringer, (24 Std.), was sich jedoch nach 48 Std. ausglich.

IV. Zusammenfassung

Im Rahmen dieser Arbeit wurde eine Anzahl der gebräuchlichsten festen und flüssigen Bakteriennährböden vergleichend geprüft, wobei einmal Fleischextrakt, Hefeextrakt und Pepton, zum anderen an Stelle dieser Zusätze eine vom Bakteriologisch-serologischen Untersuchungsinstitut Bremen (E.G.Dresel) hergestellte Stammlösung verwendet wurden. Beide Nährbodenarten wurden mit verschiedenen Bakterienarten beimpft und nach 24 bzw. 48 stündiger Bebrütung bei 37° C hinsichtlich Wachsintensität, Kolonien-Form, -Größe und -Farbe vergleichend ausgewertet.

Die mit Stammlösung nach E.G. Dresel hergestellten Medien liessen durchschnittlich eine geringere Wachstumsintensität der geprüften Keimarten erkennen, als die mit den üblichen Zusätzen hergestellten Vergleichsplatten.

Auf Blutagar, mit Dresel'scher Stammlösung hergestellt, war Bact. influencae auch bei Mitwachstum eines Staphylokokkenstammes nicht züchtbar. Mit Ausnahme von Bact.coli, Bac.anthracis, Bact.prodigiosum, haemolisierenden Streptokokken und Bact.pneumo.Friedländer, welche auf beiden Medien gleich wuchsen, zeigten sämtliche übrigen geprüften Bakterienarten (Pneumokokken, Enterokokken, Heubazillen, vergrün.Streptokokken, Staphylokokken, Mikrokokken, Sarcinen und die Vertreter der TPE-Gruppe) geringeres Wachstum.

Die Prüfung verschiedener Keimarten aus der Typhus-Paratyphus-Enteritis (TPE)-Coli-Gruppe auf den Differenzialnährböden brachte folgende Ergebnisse:

Auf Endo-Agar beider Herstellungsarten bestand in der Wachstumsstärke kein Unterschied. Mit Bremer Stammlösung hergestellter Gassner-Agar ergab bei Bact.coli keinen Unterschied, während alle Erreger der TPE-Gruppe im Vergleich zu den mit Fleischextrakt, Hefeextrakt und Pepton hergestellten Medien schwächeres Wachstum erkennen ließen. Auf diesen beiden mit Stammlösung bereiteten Nährböden war die Differenzierung von Bact.coli und der TPE-Gruppe schwierig, da auf Gassner-Agar Bact.parat.B, Bact.typhi, Bact.ent.Gärtner und

Bact.ent.Breslau in grünlich gefärbten, auf Endo-Agar in schwach rosa gefärbten Kolonien wuchsen. Auf beiden Wilson-Blair-Chargen war bei Prüfung der Erreger der TPE-Gruppe gleiches Wachstum zu beobachten. Sämtliche Vertreter der TPE-Gruppe und Bact.coli wuchsen auf Leifson-Agar, hergestellt mit der Bremer Stammlösung, schwächer als auf dem mit den üblichen Zusätzen bereiteten Agar.

Der Vergleich der Wachstumsstärke verschiedener Diphtheriebakterien-Stämme auf Blutagar, Cystin-Tellur-Agar und Kochblutagar beider Herstellungsarten ergab nach 48 Std. Bebrütung geringe Unterschiede. Auf Blutagar, mit Dresel'scher Stammlösung bereitet, wuchs 1 Stamm von B.diphth.Typ intermedius, schwächer. Auf Cystin-Tellur-Agar der gleichen Herstellungsart zeigten sämtliche untersuchten Diphth.-Stämme etwas schwächeres Wachstum und geringere Tellurreduktion.

6 Brucellastämme ließen auf Blutagar und Schokoladeagar unter Verwendung der Stammlösung schlechteres, auf Glycerinagar mit gleichen Zusätzen besseres Wachstum erkennen.

Hinsichtlich der Haemolyse ergaben sich folgende Resultate: Staph.aureus ruft auf Blutagar mit der Bremer Stammlösung keine Haemolyse hervor, während die vergrün.Streptokokken leichte Haemolyse verursachen. Auffällig ist die Haemolysebildung durch Bac.anthracis, Bact. ent.Breslau, Bact.ent.Gärtner und 5 Stämme von Bact. proteus "H" auf dem gleichen Medium.

Die Farbstoffbildung von Bact.pyocyaneum war auf Nähragar mit Dresel'scher Stammlösung wesentlich stärker als auf den Vergleichsmedien.

Das Schwärmvermögen von Bact.proteus war auf Blutagar mit Stammlösung deutlich gehemmt.

Von Interesse ist hier noch die Angabe des Herstellers: "Bei einem kg-Preis von DM 50.- stellt sich meine Nährbrühe wesentlich billiger als Fleischwasser mit besonderem Peptonzusatz. Außerdem wird erheblich an Arbeitszeit und Heizmaterial gespart."

Die Kosten für die Zutaten zur Herstellung von Nähragar mit Fleischextrakt, Hefeextrakt und Pepton betragen bei uns pro Liter aber nur DM 0,46 gegenüber DM 2.50 für Nähragar mit Stammlösung nach E.G. Dresel. Arbeitszeit und sonstige Unkosten sind hierin nicht enthalten, ebenso nicht der Preis für den zuzufügenden Agar-Agar.

V. ANHANG

Tabellen

Tabelle 1

Empfindlichkeitsprüfung gegen antibiot. u. chemoth. Mittel

nach Vorschrift	Penicillin		Streptomyc.		Chloromycet.		Terramycin		Achromycin		Gantrisin		Supronal	
	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2
B.parat.B.	-	-	8,5	10,0	10,5	12,5	12,5	11,5	14,0	12,0	6,5	0	7,5	7,0
B.ent.Breslau	-	-	10,0	11,0	9,5	11,0	12,0	11,0	10,5	10,5	0	0	4,5	7,0
B.ent.Gärtner	-	-	12,0	15,0	9,0	11,0	12,0	11,0	12,0	12,0	0	0	4,5	6,0
B. coli	-	-	10,0	16,0	9,0	11,0	14,0	12,5	11,5	12,5	0	0	10,5	8,0
B. typhi	-	-	9,0	12,0	10,0	11,5	14,5	13,0	14,5	13,5	0	0	10,0	9,0
B. dys. Flex.	-	-	12,0	13,0	17,5	17,5	18,5	16,0	17,0	17,0	15,5	22,0	16,0	21,0
C. diphth.T.int.	10,5	11,0	21,5	22,5	19,0	20,0	17,0	16,5	21,5	21,0	25,0	26,0	25,5	23,5
B.paradiphth.	5,5	10,5	15,5	18,0	13,0	14,0	13,0	13,0	13,5	12,0	19,0	22,0	20,0	18,5
haem.Strept.	6,5	17,5	16,5	23,0	13,0	11,0	18,0	14,0	17,0	12,0	0	0	15,0	19,0
haem.Strept.	10,0	13,0	15,5	16,5	11,0	7,5	15,5	15,5	16,5	10,0	0	0	6,5	11,5
vergr. Strept.	15,5	17,0	18,5	21,0	14,0	13,0	17,5	16,5	16,0	13,0	26,0	27,0	19,5	21,5
B.pn.Friedl.	0	0	15,5	20,0	15,5	13,5	15,5	15,0	14,0	11,5	0	0	20,0	20,5
Staph.albus	10,0	10,5	18,0	20,0	9,0	11,0	14,5	12,0	17,5	13,5	0	0	8,5	16,0
Staph.aureus	9,5	10,5	13,0	13,0	9,0	9,5	16,0	14,0	14,5	8,0	0	0	8,0	12,0
Bact.prodig.	0	0	6,5	11,0	6,5	8,0	7,5	4,0	7,0	6,0	0	0	15,5	9,5
Bact.pyoc.	0	0	0	0	0	0	6,0	4,0	0	0	0	0	9,0	12,0

Tabelle 2

Wachstum im "hohen Stich" (in Nähragar n. Vorschr. 1 u. 2)

	Nähr-Agar n. Vorschrift 1								Nähr-Agar n. Vorschrift 2							
	24 St.		48 St.		72 St.		96 St.		24 St.		48 St.		72 St.		96 St.	
	Gas	Wachst	Gas	Wachst	Gas	Wachst	Gas	Wachst	Gas	Wachst	Gas	Wachst	Gas	Wachst	Gas	Wachst
B.para.B	+	+++	+	+++(+)	+	++++	+	++++	-	+	-	++	-	+++	-	+++
B.ent.Breslau	+	+++	+	+++(+)	+(+)	+++(+)	++	++++	-	++	-	+++(+)	-	+++(+)	-	++++
B.ent.Gärtner	+	+++	+	+++(+)	+(+)	+++(+)	+(+)	++++	-	+	-	++	-	++(+)	-	+++(+)
B.coli	+	+++	+	++++	+	++++	+	++++	-	+++	-	++++	-	++++	-	++++
B.typhi	-	+++	-	+++(+)	-	++++	-	++++	-	++(+)	-	+++	-	+++	-	+++(+)
B.dys.Flex.	-	++(+)	-	+++(+)	-	++++	-	++++	-	+	-	+(+)	-	++(+)	-	+++(+)
haem.Strept.	-	++	-	+++	-	+++	-	++++	-	++(+)	-	+++(+)	-	++++	-	++++
B.pneum.Friedl.	-	+++(+)	+	++++	++	++++	++	++++	-	+++	-	+++(+)	-	++++	-	++++
Sarcinen	-	+(+)	-	++(+)	-	++(+)	-	++(+)	-	+(+)	-	++(+)	-	++(+)	-	++(+)
Staph.aur.	-	+++	-	+++(+)	-	++++	-	++++	-	++	-	++(+)	-	+++(+)	-	+++(+)
Staph.alb.	-	++(+)	-	+++	-	+++(+)	-	+++(+)	-	+(+)	-	++	-	+++	-	+++(+)
B.prod.	-	++(+)	-	+++	-	+++(+)	-	++++	-	+(+)	-	+(+)	-	++(+)	-	+++
Staph.haem.	-	+++(+)	-	++++	-	++++	-	++++	-	+	-	++(+)	-	+++	-	+++(+)
Heubaz.	-	++	-	++(+)	-	++(+)	-	+++	-	+(+)	-	++	-	++	-	++(+)
B. pyo.	-	+++	-	++++	-	++++	-	++++	-	+++	-	++++	-	++++	-	++++
Enterokokken	-	+++(+)	-	++++	-	++++	-	++++	-	+++	-	+++(+)	-	++++	-	++++
B.proteus	-	+++	+	+++(+)	+	++++	-	++++	-	+++	-	+++	-	+++(+)	-	+++(+)
B.proteus	-	+++(+)	+	++++	+(+)	++++	++	++++	-	+++(+)	-	+++(+)	-	+++(+)	-	++++

Tabelle 3

Milchzuckervergärung

Stämme	Milchzuckerbouillon n. V. 1					Milchzuckerbouillon n. V. 2				
	24 Stunden		48 Stunden		pH-Wert	24 Stunden		48 Stunden		pH-Wert
	Gas	Säure	Gas	Säure		Gas	Säure	Gas	Säure	
B. coli 1	++(+)	trübrot	+(+)	rot	5,2	+	hellrot	+	hellrot	4,7
B. coli 2	+	trübrot	+	rot	5,15	+(+)	rot	+(+)	rot	5,0
B. coli 3	++(+)	-	++(+)	-	7,5	++	-	++++	-	7,0
B. coli 4	+(+)	rot	+(+)	rot	5,2	+(+)	rot	+(+)	rot	5,2
B. coli 5	+(+)	rot	+(+)	rot	5,2	+(+)	rot	+(+)	rot	5,2
B. coli 6	+	gelbrot	+(+)	rot	5,2	+(+)	gelbrot	+	hellrot	4,8
B. coli 7	+(+)	rot	+(+)	rot	5,05	++	rot	++	rot	5,15
B. coli 8	+(+)	rot	+(+)	rot	5,3	+	rot	+	rot	5,2
B. coli 9	+	rot	+(+)	rot	5,4	+	rot	+(+)	rot	5,15
B. coli 10	+	rot	+(+)	rot	5,2	+(+)	rot	+(+)	rot	5,15
B. coli 11	-	-	-	-	8,0	-	-	-	-	7,9
B. coli 12	+(+)	trübrot	++	rot	5,4	+	rot	++	rot	5,2
B. coli 13	+	rot	+(+)	rot	5,35	+(+)	rot	+(+)	rot	5,2
B. coli 14	+(+)	rot	++	rot	5,2	+	rot	+(+)	rot	5,1
B. coli 15	+	rot	+(+)	rot	5,4	+(+)	rot	++	rot	5,1

Traubenzuckervergärung

Stämme	Traubenzuckerbouillon n. V. 1					Traubenzuckerbouillon n. V. 2				
	24 Stunden		48 Stunden		pH-Wert	24 Stunden		48 Stunden		pH-Wert
	Gas	Säure	Gas	Säure		Gas	Säure	Gas	Säure	
B.para B. 1	+	rot	+	rot	5,1	+	rot	+(+)	rot	5,1
B.para B. 2	+	rot	+	rot	5,0	+	rot	+(+)	rot	5,1
B.para B. 3	+	rot	+	rot	5,1	+	rot	+(+)	rot	5,1
B.ent.Bres. 1	+	rot	+(+)	rot	5,05	+	rot	++	rot	5,15
B.ent.Bres. 2	++	rot	++	rot	5,0	+	rot	++(+)	rot	5,0
B.ent.Bres. 3	+	rot	+	rot	5,15	+	rot	++	rot	5,2
B.ent.Gärt. 1	+	rot	+	rot	5,1	+	rot	++(+)	rot	5,1
B.ent.Gärt. 2	+	rot	+	rot	5,2	+(+)	rot	++(+)	rot	5,1
B.ent.Gärt. 3	o	rot	o	rot	5,3	o	rot	o	rot	5,25
B.coli 1	+(+)	rot	+(+)	rot	5,1	+	rot	++	rot	5,0
B.coli 2	+(+)	-	+(+)	-	8,6	+++	-	+++	-	8,3
B.coli 3	+(+)	orange	+(+)	rot	5,1	+	gelbrot	++	hellrot	4,65
B.coli 4	+	gelbrot	+(+)	rot	5,1	+	gelbrot	+	rot	4,76
B.typhi 1	o	rot	o	rot	5,3	o	rot	o	rot	5,6
B.typhi 2	o	rot	o	rot	4,95	o	rot	o	rot	4,8

Tabelle 4

Eisenagar nach Kligler

	Schrägfl.		Stichk.		Gasb.		H_2S-Bild.		Schrägfl.		Stichk.		Gasb.		H_2S-Bild.	
	24	48	24	48	24	48	24	48	24	48	24	48	24	48	24	48
B.parat.B.	rot	rot	gelb	gelb	+(+)	+(+)	+	++	rot	rot	gelb	gelb	(+)	+	(+)	++(+)
" " "	rot	rot	gelb	gelb	+	+	+	++	rot	rot	gelb	gelb	(+)	(+)	(+)	++
B.ent.Bresl.	rot	rot	gelb	gelb	+	+	++	++(+)	rot	rot	gelb	gelb	(+)	(+)	(+)	++
" " "	rot	rot	gelb	gelb	+	+(+)	+	++	rot	rot	gelb	gelb	(+)	(+)	(+)	++(+)
B.ent.Gärtn.	rot	rot	gelb	gelb	+	+(+)	+	++(+)	rot	rot	gelb	gelb	+-	+-	(+)	+++
" " "	rot	rot	gelb	gelb	+	+	+	++	rot	rot	gelb	gelb	+-	+-	(+)	++
B.coli	gelb	gelb	gelb	gelb	++(+)	+++	-	-	gelb	gelb	gelb	gelb	+	++	-	--
" "	gelb	gelb	gelb	gelb	+	++	-	-	gelb	gelb	gelb	gelb	+	++	-	-
B.typhi	rot	rot	unverändert		-	-	-	-	rot	rot	gelb	gelb	-	-	-	-
" "	rot	rot	gelb	gelb	-	-	-	-	gelb	gelb	gelb	gelb	-	-	-	-
B.dys.Flex.	rot	rot	gelb	gelb	-	-	-	-	rot	rot	-	gelb	-	-	-	-
B.proteus	rot	rot	gelb	gelb	+	+	+-	+-	rot	rot	gelb	gelb	(+)	(+)	-	(+)
" "	rot	rot	gelb	gelb	+	+	(+)	(+)	rot	rot	gelb	gelb	(+)	+	+-	+
B.pyocyan.	rot	viol.	-	-	-	-	-	-	viol.	viol.	unverändert		-	-	-	-
" "	viol.	viol.	-	-	-	-	-	-	viol.	viol.	unverändert		-	-	-	-

Zum Schluß der Arbeit ist es mir eine angenehme Pflicht, Herrn Professor Dr. S o n n e n s c h e i n für die Überlassung des Themas und die Erlaubnis, die dazu nötigen Versuche in seinem Institut auszuführen, bestens zu danken.

Literaturverzeichnis

Baumgarten, P.	Lehrbuch der pathogenen Mikroorganismen Leipzig, Verlag Hirzel 1911, S. 209
Brandl, M.	Münch.Med.Wschr. 55, S. 143 (1921)
Brefeld, O.	zit.: bei Jodin "Flora" 1863, S.212/218
Chantemesse u. Widal	zit.: in "Methoden der Bakterienforschung F.Hueppe, Keidel-Verlag Wiesbaden, 4.Auflage 1888
Cohn, F.	Untersuchungen über Bakterien, Beiträge zur Biologie der Pflanzen Bd 3, 1875
Dresel, E.G.	schriftliche Mitteilung
Drigalski, v. u. Conradi	zit.: in Hallmann "Bakteriologische Nährböden, Thieme-Verlag Stuttgart 1953
Esmarch, v.	zit.: in Baumgarten "Lehrbuch der pathogenen Mikroorganismen, Leipzig 1911
Fraenkel, C.	Grundriß der Bakterienkunde, Hirschwaldverlag Berlin 1891, S. 103
Fuchs	zit.: in Müller, R. "Medizinische Mikrobiologie, Verlag Urban & Schwarzenberg
Globig, Bolton u. Roux	zit.: in Fraenkel "Grundriß der Bakterien kunde", Hirschwald-Verlag Berlin 1891
Hallmann, L.	Bakteriologie und Serologie, G.Thieme-Verlag Stuttgart 1950
	Bakteriologische Nährböden, G.Thieme-Verlag Stuttgart 1953
Heim, L.	Lehrbuch der Bakteriologie, Enke-Verlag Stuttgart 1922, S. 138
Hoernings	Zbl.f.Bakt. I OB. Bd. 98 (1925), S. 73
Jodin	"Flora" 1863, S. 11
Just, L.	Botan. Jhrsber. 1874
Klebs	zit.: in Müller, R. "Medizinische Mikrobiologie, Verlag Urban & Schwarzenberg 1946
Koch, R.	Mittlg.Kaiserl.Ges.Amt 1881, Bd.1, S. 1 "Zur Untersuchung pathogener Mikroorganismen"
Lichtenstein	Zbl.f.Bakt. I OB. Bd. 90 (1923), S.389
Lister, J.	zit.: Müller, R. "Medizinische Mikrobiologie,Verl.Urban & Schwarzenberg 1946
Löffler, F.	zit.: dito
Müller, R.	Medizinische Mikrobiologie,Verlag Urban & Schwarzenberg 1946
Reiter	zit.: in Müller "Medizinische Mikrobiologie, Verl.Urban & Schwarzenberg 1946
Vittadini	zit.: dito

L e b e n s l a u f

Am 1. August 1929 bin ich, Rosmarie Gisela Gabel, als Tochter des prakt. Arztes Dr. Emil Gabel und seiner Ehefrau Elisabeth, geb. Spieler, in Eubigheim/Baden geboren. Nach 4 jährigem Besuch der Volksschule in Eubigheim trat ich in das "Englische Institut", Oberschule in Heidelberg, ein, wo ich im Juli 1949 die Reifeprüfung ablegte. Mit dem Wintersemester 1950/51 begann ich an der Universität Würzburg das zahnmedizinische Studium, bestand nach 3 Semestern vor dem Prüfungsausschuß der gleichen Universität die zahnärztliche Vorprüfung und nach 4 weiteren Semestern im Sommer 1954 das Staatsexamen. Seither bin ich mit der Anfertigung dieser Arbeit beschäftigt.

Ich versichere ehrenwörtlich, daß ich die vorliegende Arbeit selbständig verfaßt und außer der angegebenen Literatur keine weiteren Hilfsquellen benutzt habe.

Ich versichere ehrenwörtlich, daß ich bisher von keiner anderen Seite ein Dissertationsthema zur endgültigen Bearbeitung erhalten habe.

Rosmarie Gabel

RUDOLF BAEHR DRUCK- UND WERBETECHNIK
WÜRZBURG KOLPFFSTEINSTR. 5